



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA

Centro de Ciências Agrárias
Departamento de Aquicultura
Curso de Engenharia de Aquicultura

Daniel Lucas Pacheco

ESTÁGIO NA EMPRESA BLUE WATER AQUACULTURE

Florianópolis/SC

2014

Daniel Lucas Pacheco

ESTÁGIO NA EMPRESA BLUE WATER AQUACULTURE

Relatório apresentado à disciplina de Estágio Supervisionado II, AQI5240, para obtenção do grau de bacharel em Engenharia de Aquicultura pela Universidade Federal de Santa Catarina.

Orientador: Marcos Caivano Pedroso de Albuquerque

Supervisor: Eduardo Luz

Florianópolis/SC

2014

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a minha família que me apoia em tudo o que faço.

Aos amigos Rodrigo Moreira, Leonardo Matos, Francine Coutinho, André Pacheco, pelas conversas descontraídas e risadas em todos esses anos.

À Gabriela de Souza por me incentivar a não desistir nos momentos mais difíceis da faculdade, e por todo carinho, amor e amizade nesses anos.

Ao Marcos Caivano Pedroso de Albuquerque que aceitou ser meu orientador, deu dicas, me enviou textos e me ajudou a concluir esse trabalho.

Ao Dudu por passar o conhecimento adquirido no laboratório, ter me aceitado para fazer estágio na empresa, pelas risadas, e pela operação topeira na praia, colocando três vezes a ponteira.

Ao Carlos Rogério Poli, que nos passa o conhecimento adquirido em anos de experiência trabalhando com aquicultura, por ter disponibilizado o laboratório para fazer o estágio de conclusão de curso, pelos nós de cordas ensinados. Uma honra poder trabalhar com o senhor.

Ao Arthur Conradi, pelas tantas parcerias durante a faculdade e fora dela.

À Taise Dias, por ter aceito de última hora ser membro da banca

À Jussara por toda a ajuda prestada durante a faculdade. Sempre muito prestativa e de bom humor.

Aos professores em geral, que passaram o conhecimento para podermos atuar na profissão.

Aos amigos do Lapad, Michy, Simoni, Jade, Jaque, Mauricio, Carol, Valquíria e tantos outros pelas risadas e festas no tempo em que fiz estágio lá.

Ao Google, pelas facilidades de pesquisa de textos na web.

Obrigado a todos!

RESUMO

Este trabalho relata as atividades desenvolvidas na produção de sementes de ostras diploides (2N) durante o estágio de conclusão de curso de Engenharia de Aquicultura na empresa Blue Water Aquaculture. A semente de ostra produzida é da espécie *Crassostrea gigas*, e que devido ao seu rápido crescimento e tolerância ampla às condições ambientais, foi escolhida para o cultivo em diversas regiões do mundo.

As atividades realizadas englobaram o cultivo de microalgas, desova das ostras, larvicultura, assentamento, visita técnica a produtor, instalação de canos e bombas. A maior parte da produção de sementes está atrelada a um laboratório, o que pode tornar-se um problema caso ocorra alguma enfermidade e a demanda de sementes não consiga ser suprida.

Apesar do período curto do estágio, setembro ao fim de novembro, pude aprender diversas coisas e participar de quase todas as etapas de produção de sementes, excetuando a manutenção de sementes, pois as ostras não tinham atingido ainda este estágio de desenvolvimento. Aquela, atividade de extrema importância na cadeia produtiva de ostras, tanto no aspecto econômico quanto social.

Palavras - chave: aquicultura, estágio, ostra,

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Principais países produtores de <i>Crassostrea gigas</i> . Fonte: FAO Fishery Statistics, 2006	8
Figura 2 – Evolução da produção de ostras comercializadas por SC entre 1991 e 2013 (t). Fonte: Síntese Informativa da Maricultura, Epagri/SC.	10
Figura 3 – Mapa de localização da empresa Blue Water Aquaculture	11
Figura 4 – Filtros tipo cartucho e lâmpadas u.v.....	12
Figura 5 – Cultivo de <i>Isochrysis</i> e <i>Chaetoceros</i> em garrafões de 20L.	14
Figura 6 – Sacos de microalgas de 450l.	15
Figura 7 – Procedimento de "strip" em ostra.	16
Figura 8 – Tanque drenado com a utilização de peneiras de diferentes tamanhos de malha.	20
Figura 9 – Tanques de assentamento de 400l.	21
Figura 10 – Diferença entre o funcionamento do sistema Upwelling e Downwelling. Fonte: FAO, disponível em: http://www.fao.org/docrep/007/y5720e/y5720e2o.jpg ...	22
Figura 11 – Visita técnica na fazenda de ostras. Lanternas de ostras.	24
Figura 12- Ponteira de captação de água do mar.	25

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Dia das desovas, taxas de fecundidade e assentamento.....	18
Tabela 2– Alimentação de microalgas durante a larvicultura.	19
Tabela 3 – Desenvolvimento das larvas e concentrações na larvicultura.	19

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	8
2. EMPRESA.....	11
3. TRATAMENTO DE ÁGUA.....	12
4. MICROALGAS	13
5. DESOVA	15
6. LARVICULTURA	18
7. ASSENTAMENTO.....	20
8. MANUTENÇÃO DE SEMENTES	22
9. ATIVIDADES GERAIS.....	23
10. CONCLUSÃO.....	25
11. REFERÊNCIAS.....	27
ANEXO A.....	28

1. INTRODUÇÃO

Aquicultura, segundo a Organização das Nações Unidas para Alimentação e a Agricultura (FAO), é a criação de organismos aquáticos em áreas interiores e costeiras, envolvendo a intervenção no processo de criação para aumentar a produção e a propriedade individual ou coletiva do estoque cultivado (FAO, 200-). Peixes, camarões, ostras, mexilhões, vieiras, algas, são alguns exemplos de animais que são cultivados.

Dentre os moluscos cultivados no mundo atualmente, temos a ostra japonesa (*Crassostrea gigas*) que por meio de seu potencial de crescimento rápido e sua tolerância ampla às condições ambientais tornou-se a espécie escolhida para o cultivo em muitas regiões do mundo (figura 1), com uma produção global de 608 687t no ano de 2012 (fonte: FAO Fishstat).

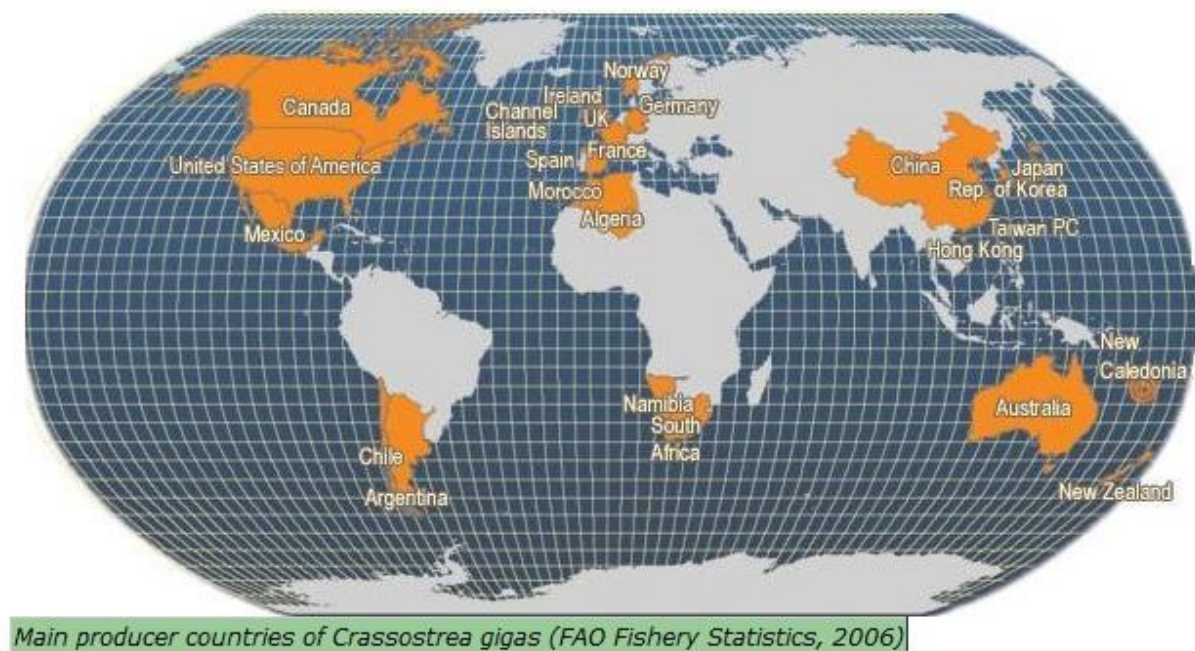


Figura 1 – Principais países produtores de *Crassostrea gigas*. Fonte: FAO Fishery Statistics, 2006

Embora suas origens estejam no Japão, onde tem sido cultivada há séculos, tem sido introduzida em diversos lugares do mundo, mais significativamente na costa ocidental dos Estados Unidos da América a partir de 1920 e na França a partir de 1966. A ostra do Pacífico, como também é chamada, foi introduzida ou para

substituir os estoques de ostras nativas, severamente diminuídos pela sobre pesca ou doença, ou para criar uma indústria que não existia antes (FAO, 200-).

No Brasil, a primeira citação sobre a vantagem do cultivo de moluscos, mais precisamente de ostras, foi em 1934, numa publicação do Comandante Alberto Augusto Gonçalves denominada “O Futuro Industrial da Ostreicultura no País”, apresentada no Primeiro Congresso Nacional de Pesca, organizado pelo Ministério da Agricultura – Divisão de Caça e Pesca (Poli, C.R; Littlepage, J, 1998). O ano de 1974 marca a entrada da *Crassostrea gigas* no Brasil. Os primeiros exemplares foram importados pelo Instituto de Pesquisas da Marinha de Cabo Frio e eram oriundas da Grã-Bretanha. Alguns cultivos experimentais foram realizados no estado do Rio de Janeiro, mas sem maiores consequências econômicas (Poli, C.R; Littlepage, J, 1998).

Segundo o mesmo autor, Poli e Littlepage(1998):

A Universidade Federal de Santa Catarina através do Departamento de Aquicultura, iniciou a cultivar ostras em 1983, com o projeto “Viabilidade do cultivo de ostras consorciado com o cultivo de camarões” apoiado financeiramente pelo do Banco do Brasil de 1985 a 1988. O projeto pretendia criar a ostra nativa *Crassostrea rhizophorae*, como uma alternativa para a pesca artesanal e também verificar a possibilidade de criá-las associadas ao cultivo de camarão.

Os resultados obtidos foram insatisfatórios no crescimento das ostras e dados escassos para saber se influenciava na engorda dos camarões. Com estes resultados não seria fácil motivar os pescadores para cultivá-las.

A solução foi então introduzir a ostra Japonesa ou do Pacífico, *Crassostrea gigas*, nos experimentos. Em 1987, os primeiros exemplares, foram trazidos de Cabo Frio e com eles iniciou-se um cultivo experimental.

O cultivo em Santa Catarina teve início na Praia de Santo Antônio de Lisboa, município de Florianópolis.

Segundo a Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina (EPAGRI, 2013), a comercialização de ostras (*Crassostrea gigas*) na safra 2013 foi de 2.932,5t, representando um aumento de 18,8% em relação à safra 2012 (figura 2).

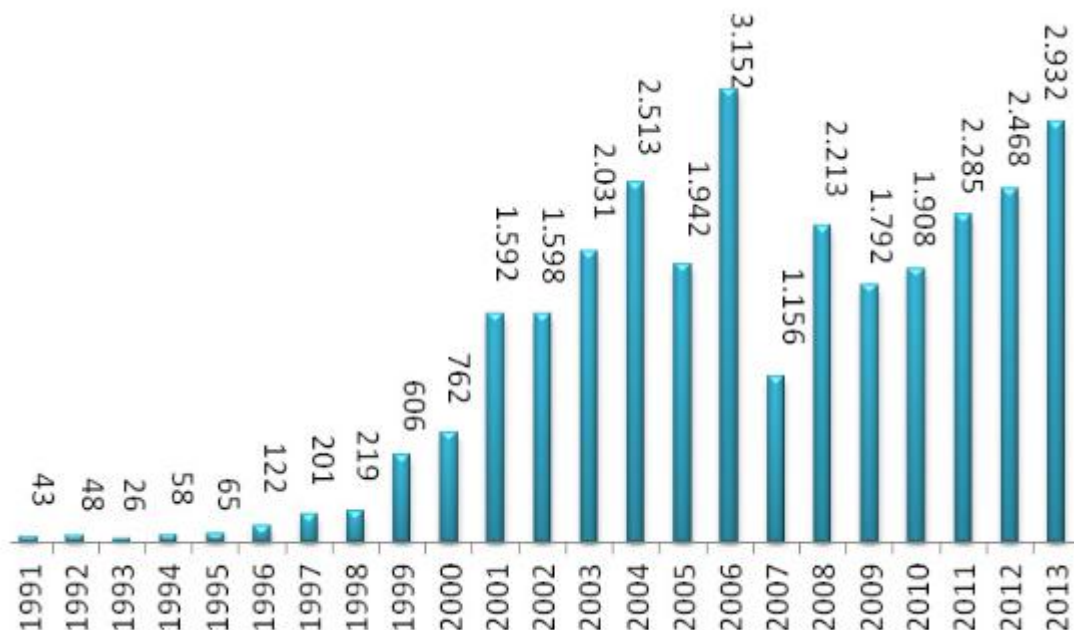


Figura 2 – Evolução da produção de ostras comercializadas por SC entre 1991 e 2013 (t). Fonte: Síntese Informativa da Maricultura, Epagri/SC.

Com o crescimento da produção no Brasil e principalmente em SC, a demanda por sementes de ostras também aumentou.

Segundo Poli e Littlepage (1998) a oferta de sementes é um fator decisivo para manter o desenvolvimento da atividade, pois causa um forte impacto na ostreicultura. Desistências de criadores, grandes mortalidades em ambientes de água quente, desconfiança e impossibilidade de planejamento do criador prejudicam o andamento dos trabalhos.

2. EMPRESA

A Blue Water Aquaculture teve sua fundação em 1996 com o Professor Dr. Carlos Rogério Poli, e desenvolve trabalhos e produtos em aquicultura que facilitam o manejo e melhoram a produtividade de moluscos (ostras, mexilhões e vieiras).

Seus principais produtos são as sementes de ostras diploides e triploides. Destaca-se por ser a primeira empresa privada no Brasil a produzir sementes de ostras.

Outros produtos ofertados pela BWA são:

- Depuradora de ostras.
- Desincrustador pneumático para ostras e vieiras.
- Cabos sementeiros para mexilhão.

A BWA localiza-se no sul da capital do Estado de Santa Catarina, Florianópolis, na praia do Morro das Pedras, Rua Manoel Pedro Vieira, nº 180 (figura 3).

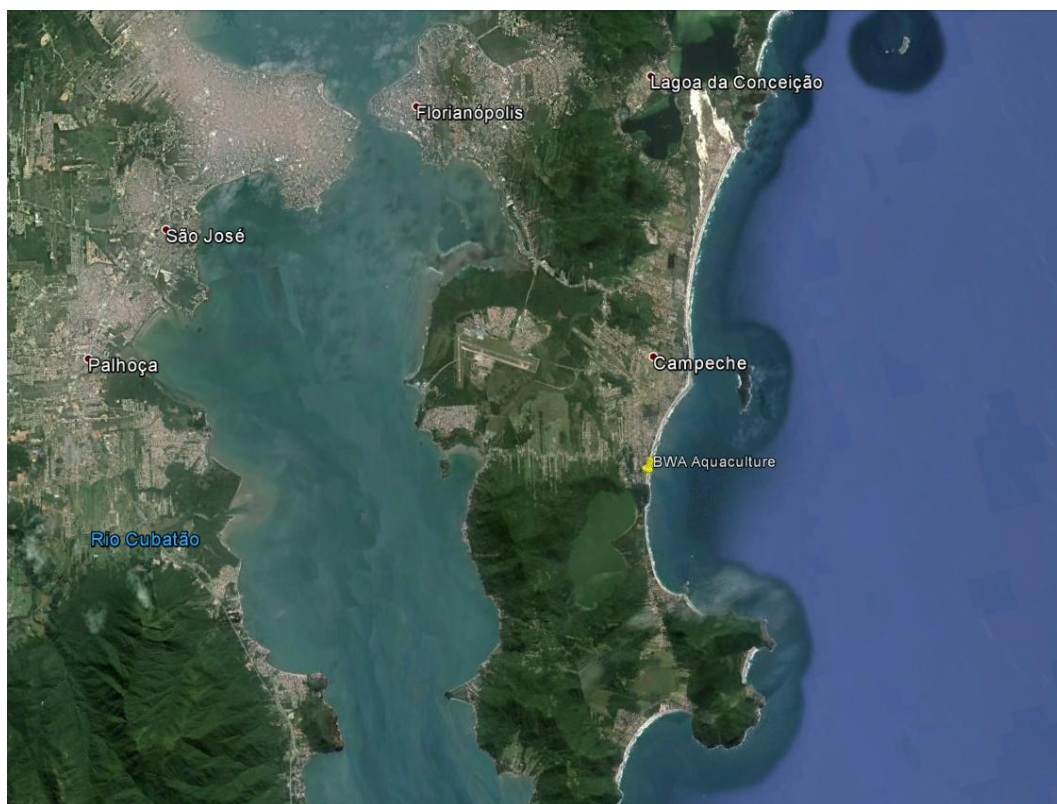


Figura 3 – Mapa de localização da empresa Blue Water Aquaculture.

3. TRATAMENTO DE ÁGUA

A água que entra no laboratório seja para as microalgas ou para a larvicultura, é a principal preocupação, uma vez que determina em grande parte o sucesso dos diferentes componentes da produção de ostras (HICKEY, 1997).

Índices de qualidade de água fora dos padrões ótimos de qualidade resultam em perdas de produção e até mortalidade (HICKEY, 1997).

A ponteira fica enterrada na areia da praia bem próxima a água, e possui uma tela de 270 μm atuando como primeiro filtro em conjunto com a areia.

Após passar pela bomba de sucção, que fica localizada na extrema do terreno com a praia, a água passa por 8 filtros tipo cartucho (figura 4), sendo 4 deles de 5 μm e 4 de 1 μm e 3 filtros u.v em série.

No final de cada dia os filtros são retirados e deixados em um recipiente com água doce.



Figura 4 – Filtros tipo cartucho e lâmpadas u.v

A água necessária para o cultivo massivo das microalgas é armazenada em um reservatório de 1000l, onde é preparado o meio de cultivo. Ao final do dia, caso sobre água, ela é descartada e um novo meio é preparado no dia seguinte.

4. MICROALGAS

A produção de microalgas é uma etapa muito importante em um laboratório de produção de sementes de ostras. Elas são usadas de forma direta, ou seja, quando o animal de interesse alimenta-se das próprias microalgas (LOURENÇO, 2006). No caso do laboratório, são utilizadas na etapa de larvicultura, crescimento, assentamento e manutenção de sementes.

Para ser viável em aquicultura, uma microalga deve segundo Lourenço (2006):

- Apresentar altas taxas de crescimento
- Ser de fácil cultivo e ser robusta
- Ser atóxica
- Apresentar tamanho e forma adequada para ser ingerida pelo animal de interesse
- Ter altas qualidades nutritivas
- Apresentar parede celular digerível (ou ausente) para facilitar o acesso aos nutrientes contidos nas células.

Atualmente há duas espécies de algas em cultivos no laboratório:

Chaetoceros calcitrans e *Isochrysis galbana*

As cepas são de algas axênicas, isto é, são culturas caracterizadas pela presença apenas da espécie de microalga que se deseja cultivar, sendo desprovidas de qualquer tipo de bactéria ou fungo contaminante. As cepas de microalgas são provenientes da fundação Tongoy do Chile.

Antes de serem repicadas do cepário para os erlenmeyer, é feito um teste para verificar a presença de bactérias, se positivo é descartado o lote.

O cultivo inicia-se em 8 erlenmeyer de 2l, sendo 6 de *Isochrysis galbana* e 2 de *Chaetoceros calcitrans* e após 1 semana, as algas são repicadas para 8

garrações de 20l (figura 5). As culturas são mantidas em uma sala na temperatura de 18°C e recebem luz 24h. O meio de cultura é utilizado é o f/2 de Guillard.

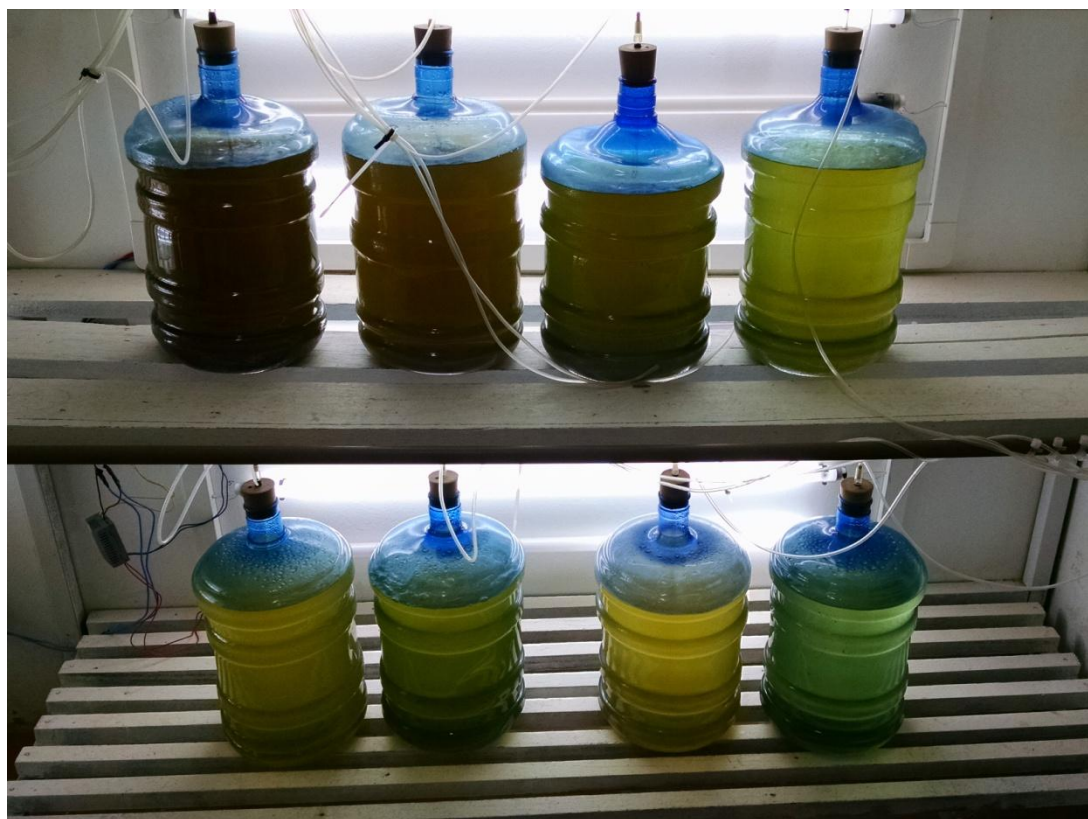


Figura 5 – Cultivo de *Isochrysis* e *Chaetoceros* em garrações de 20L.

As algas permanecem nos garrações por mais 1 semana e após são repicadas para sacos de 450l (figura 6).



Figura 6 – Sacos de microalgas de 450l.

Ao todo, são utilizados 18 sacos, sendo 12 *Isochrysis* e 6 de *Chaetoceros* de dispostos três-a-três com torres de luz entre eles. São 46 lâmpadas de 46w que permanecem ligadas 24h em um ambiente com temperatura de 22°C.

O meio de cultura é preparado em um reservatório de 1000l e com o auxílio de uma bomba e mangueira, o manejo dos sacos é feito em dias alternados.

5. DESOVA

O período de maturação da *C. gigas* em Santa Catarina vai de setembro ao final de novembro (POLI, 2004).

Por conveniência, foi utilizado o método de “Strip” para a desova das ostras, que envolve sacrificar um número de adultos maturos. Nas três desovas realizadas no laboratório, foram utilizados 50 fêmeas e 15 machos. O procedimento consiste em abrir as ostras e cortar a gônada, com uma lâmina, diversas vezes e lavar com

água do mar fazendo assim com que os gametas caiam em um béquer/balde com água (figura 7).



Figura 7 – Procedimento de "strip" em ostra.

Após abrir as ostras, uma pequena amostra de cada ostra é analisada em microscópio para determinar o sexo e a aparência dos gametas. O esperma deve ser móvel (HELM, 2004).

As ostras estando totalmente maduras, são então separadas em machos e fêmeas em diferentes bandejas e o “strip” é feito, a começar pelas fêmeas. As ostras *Crassostrea gigas* são extremamente férteis, dado que 70 a 90g de fêmeas podem carregar cada uma 80 a 120 milhões de ovos (HELM, 2004).

Deve-se ter cuidado para evitar perfurar a glândula digestiva durante o “stripping”, pois pode haver uma contaminação dos gametas com os tecidos,

bactérias e outros micro-organismos de origem gastrointestinal (HELM, 2004).

Após a conclusão da remoção dos óvulos, é feito procedimento similar com os machos. A diferença é que são reunidas pequenas amostras de cada macho, certificando que a densidade final de esperma não é muito grande para que não ocorra polispermia.

Os óvulos são peneirados em uma malha de 20 μm para que sejam selecionados somente os viáveis, e após são reunidos com a solução de esperma. Os gametas estão prontos para a fertilização, e ficam durante 1h em um balde com água do mar na temperatura de 25°C para então formar os ovos.

No total foram realizadas 3 desovas nos seguintes dias:

- 29 de outubro de 2014.
- 01 de novembro de 2014.
- 06 de novembro de 2014.

Na desova do dia 29 de outubro os embriões não passaram para o estágio de larva D e todo o lote foi descartado. A desova do dia 01/11 iniciou com 80 milhões de óvulos fecundados, e ao 21º dia, quando já estavam no estágio de larva “olhada” estavam em uma densidade de 0,8 larvas/ml com tamanho de 230 μm . Um total de 2,5 milhões de larvas foram para o setor de assentamento e apenas 1 milhão de sementes que assentaram, uma taxa de 40%.

A terceira desova, do dia 06/11, iniciou com 120 milhões de óvulos fecundados e obteve uma taxa de fecundidade de 60%, resultando em 14,4 larvas/ml no estágio D, porém foi descartado uma quantidade de larvas para atingir a densidade de 10 larvas/ml. Ao 11º dia de larvicultura, quando as larvas estavam entre 60 e 80 μm , ocorreram alguns problemas no laboratório. A bomba de aeração estragou e teve que ir para o conserto, deixando o tanque sem aeração durante o dia todo e o aquecedor, que estava oxidado e liberando cobre na água que é prejudicial para as larvas. Esse dois fatores ocasionaram uma alta mortalidade das larvas, portanto ao final do 21º dia somente 800 mil larvas foram para o assentamento.

Tabela 1 – Dia das desovas, taxas de fecundidade e assentamento.

Dia da desova	Estágio	Densidade de cultivo	Taxa de fecundidade	Taxa de assentamento
01/11/14	Ovócitos	16 ovócitos/ml		
	Larva D	10 larvas/ml	62,5%	40%
	Larva olhada	0,8 larvas/ml		
06/11/14	Ovócitos	24 ovócitos/ml		
	Larva D	10 larvas/ml	60%	1
	Larva olhada			

Nota: (1) Taxa de assentamento ainda não contabilizada.

6. LARVICULTURA

O setor de larvicultura do laboratório utiliza um sistema estático com 4 tanques de 5000l cada.

Após a fertilização os ovos vão para um tanque com baixa aeração e permanecem por 24h numa densidade de 50 embriões/ml, não necessitando de alimentação neste primeiro momento.

Com as larvas já no estágio “D” o tanque começa a receber alimentação duas vezes ao dia, sendo somente utilizado *Isochrysis*, e a aeração é média.

Com o passar dos dias e o desenvolvimento das larvas, a densidade de larvas no tanque vai diminuindo e a alimentação vai aumentando (tabela 2).

Quando as larvas chegam no estágio de larva “umbonada”, passam a receber também *Chaetoceros* como alimento, numa proporção 30% e de 70% de *Isochrysis*.

Tabela 2– Alimentação de microalgas durante a larvicultura.

Dias de cultivo	Alga	Concentração Céls/ml		Total
		Iso ¹	CC ²	
1 a 5	Iso	2 a 4 x10 ⁴	-----	2 a 4 x10 ⁴
6 a 14	Iso + CC	2 a 6 x10 ⁴	3 a 6 x10 ⁴	5 a 9 x10 ⁴
15 a 21	Iso + CC	3 a 6 x10 ⁴	6 a 8 x10 ⁴	9 a 14 x10 ⁴

Nota: (1) *Isochrysis galbana* , (2) *Chaetoceros calcitrans*

A tabela 3 apresenta um resumo do desenvolvimento das larvas e densidade de cultivo durante a larvicultura.

Tabela 3 – Desenvolvimento das larvas e concentrações na larvicultura.

Estágio	Idade (dias)	Tamanho (µm)	Densidade de Cultivo
Larva “D”	1 a 6	75 a 120	10 larvas/ml
Larva Véliger Umbonada	7 a 14	130 a 200	10 a 5 larvas/ml
Larva Véliger Olhada	14 a 21	200 a 300	5 a 1 larvas/ml

A água dos tanques é renovada a cada dois dias e são utilizados efetivamente dois tanques para a larvicultura, pois enquanto um tanque é drenado o outro já está completo com água nova para receber as larvas. Para a limpeza dos tanques é utilizado o suco de dois 2 limões ou cloro e água doce, que depois são enchidos novamente com água salgada filtrada.

Quando o tanque é drenado (figura 8) para transferência de larvas para um novo, é utilizado peneiras de diferentes tamanhos de acordo com o desenvolvimento larval.



Figura 8 – Tanque drenado com a utilização de peneiras de diferentes tamanhos de malha.

Antes de ser feita a transferência das larvas para o tanque novo, elas são contadas e analisadas em microscópio para assim ser decidido o manejo a ser dado. As larvas que estiverem mortas são descartadas.

O final da larvicultura é dado pelo aparecimento de um ponto escuro na larva (larva olhada) e o aparecimento do pé na maioria das larvas. Sua presença indica que a larva está procurando um lugar para assentar e submeter-se a metamorfose. (HICKEY, 1997). Ao chegar nesse momento, as larvas são colocadas em um recipiente sem água e levadas a geladeira por 48h. Após esse período vão para o assentamento.

7. ASSENTAMENTO

O assentamento conta com 4 tanques de 400l (figura 9) contendo 5 peneiras cada de malha 180 μ m com areia distribuída uniformemente para as larvas se

fixarem.



Figura 9 – Tanques de assentamento de 400l.

A água do sistema fica recirculando e os tanques são esvaziados e limpos com água doce todos os dias. Após, são cheios com água salgada filtrada. Segundo Hickey (1997), as trocas de água e limpeza são muito importantes, pois ajudam a reduzir a carga bacteriana e os resíduos metabólicos. As larvas, peneiras, e areia também são limpas todos os dias. A alimentação ocorre duas vezes por dia, sendo numa proporção de 70% *Isochrysis* e 30% *Chaetoceros*.

Um método utilizado para estimular e aumentar o sucesso da metamorfose no assentamento é o uso de químicos, como a epinefrina, fazendo com que as larvas não precisem de um substrato para se fixar. As larvas são expostas a esse tratamento por 1 a 4h e retornam para os tanques. Na próxima renovação de água, as larvas que sofreram metamorfose e começaram a crescer como semente são separadas das que ainda crescem como larvas (HELM, 2004). As larvas que não responderam ao tratamento podem ser tratadas novamente após um ou dois dias. Este método pode ser utilizado com ou sem substrato para as larvas (HELM, 2004). Este método foi utilizado pela primeira vez no laboratório, onde as larvas permaneceram expostas por 2h ao tratamento com epinefrina. O protocolo (ver

anexo A) e a epinefrina foram disponibilizados pelo Laboratório de Moluscos Marinhos (LMM).

As larvas permanecem no assentamento por um período de 7 dias. No terceiro dia são peneiradas em uma malha de 315 μm . As larvas menores que 315 μm , ficam no sistema para crescerem um pouco mais e as outras vão para a manutenção de sementes. Se após 7 dias, as larvas restantes não atingirem o tamanho adequado, são descartadas.

8. MANUTENÇÃO DE SEMENTES

Neste setor do laboratório as sementes permanecem de 30 a 45 dias, alimentadas 2 vezes ao dia, até atingir o tamanho de 1mm para serem comercializadas.

São dois tanques de 400l que utilizam o sistema "Upwelling" (figura 10), onde o fluxo da água segue de baixo para cima. A água entra na base do tanque, flui pelas sementes e sai na parte superior, que retorna a outro reservatório e é bombeada novamente para o tanque.

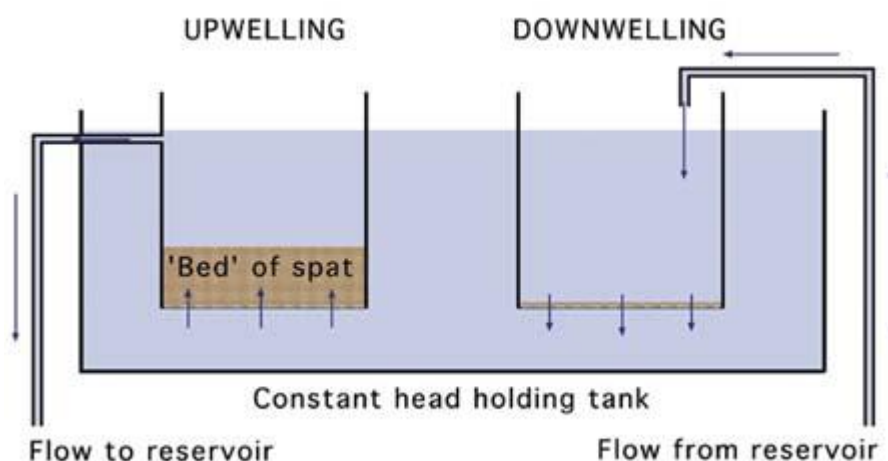


Figura 10 – Diferença entre o funcionamento do sistema Upwelling e Downwelling. Fonte: FAO, disponível em: <http://www.fao.org/docrep/007/y5720e/y5720e2o.jpg>

Com o fluxo de água desta forma, passando pelas sementes, previne que as sementes adjacentes se fundam formando grupos assim que crescem. Esse

agrupamento pode ser um problema nas espécies de *Crassostrea* se as sementes não estão se movendo, ou se estão crescendo com o sistema downwelling. Este hábito é mais pronunciado em altas temperaturas de água, geralmente 22 a 25°C. (HELM, 2004).

O fluxo upwelling também é mais eficiente em manter as sementes livres de depósitos fecais do que o fluxo downwelling, onde as fezes tendem a acumular ao redor das sementes. Isso pode ocasionar o bloqueio da tela, o que é um problema menor em sistemas upwelling. (HELM, 2004).

Até a conclusão deste relatório as sementes não tinham atingido este estágio de desenvolvimento.

9. ATIVIDADES GERAIS

Algumas atividades realizadas no laboratório, apesar de não estar diretamente ligada a parte de produção em si, foram imprescindíveis para o laboratório funcionar corretamente.

Listo algumas abaixo:

- Reforma de tanques de manutenção de sementes.
- Reparo em encanamentos e troca de registros.
- Instalação de bomba, encanamentos do reservatório utilizado para dar manejo as algas.
- Visita técnica a uma fazenda de ostras (figura 11)



Figura 11 – Visita técnica na fazenda de ostras. Lanternas de ostras.

Pude participar também da instalação de uma nova ponteira (figura 12) que capta a água do mar que é utilizada no laboratório, pois ocorreu um problema com a antiga. A faixa de areia da praia aumentou e a bomba não conseguia mais captar água, tendo que parar todas as atividades do laboratório (manejo de algas, renovação de água dos tanques) até ser instalada a nova mangueira de captação de água.



Figura 12 – Ponteira de captação de água do mar.

10. CONCLUSÃO

A disciplina de estágio supervisionado II é a etapa final para conclusão do curso e posterior obtenção do diploma de Bacharel em Engenharia de Aquicultura. Mas mais que isso, visa colocar o aluno em contato com as atividades que irá realizar no dia-a-dia de trabalho, os problemas que surgem e que necessitam ser resolvidos através de todo um conhecimento adquirido ao longo do curso.

Apesar do período curto do estágio, setembro ao fim de novembro, pude aprender diversas coisas e participar de quase todas as etapas de produção de sementes. Esta, atividade de extrema importância na cadeia produtiva de ostras.

O suprimento de sementes de *C. gigas* está condicionado à produção em laboratório. Atualmente é possível adquirir sementes 2N em quantidades comerciais no Laboratório de Moluscos Marinhos (LMM) da Universidade Federal de Santa Catarina e a partir de dezembro, também na Empresa Blue Water Aquaculture, ambos em Florianópolis/SC.

O LMM produz a maior parte das sementes ofertadas e essa produção não deve ficar atrelada somente a um laboratório. Caso ocorra algum problema na qual não se consiga atender a demanda necessária de sementes, os produtores não terão alternativa de outro lugar para a compra, portanto é necessário aumentar o número de laboratórios produtores de sementes.

Alguns dos pontos de maior problema que pude observar no laboratório é o suprimento de água. Devido a maneira com que está instalada a ponteira e o tipo de praia em que está localizado a empresa, com o mar bastante agitado e de mudanças semanais na faixa de areia, a captação de água é interrompida de forma recorrente. A mangueira é desenterrada pelas mudanças na praia e quebra com a força das ondas, por vezes o mar “recua” e a água captada tem salinidade inadequada para a produção ou a bomba não consegue “puxar” a água.

Sem água salgada disponível, há que se parar todas as atividades e refazer a ponteira, o que demanda tempo e dinheiro, além de poder acarretar em mortalidades na produção devido a falta de renovação de água.

Um novo método de instalação de ponteira tem de ser realizado em curto/médio prazo para assim não trazer desperdício de tempo ao laboratório.

11. REFERÊNCIAS

Cultured Aquatic Species Information Programme. *Crassostrea gigas*. Disponível em: http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Crassostrea_gigas/en#tcNA00C5. Acessado em: 8 de outubro de 2014

Glossary of Aquaculture. **Definition of Aquaculture.** Food And Agriculture Organization of the United Nations. Disponível em: www.fao.org/fi/glossary/aquaculture/spec-term-n.asp?id_glo=15334&id.lang=TERMS_E&Lang=en. Acesso em: 5 de outubro de 2014.

HELM, M.M.; BOURNE, N.; LOVATELLI, A. (comp./ed.). **Hatchery culture of bivalves. A practical manual.** *FAO Fisheries Technical Paper*. No. 471. Roma, FAO. 2004. 177p.

HICKEY, D. **Observations and Activities Report from the Pacific Oyster (*Crassostrea gigas*) Hatchery, Laboratório de Cultivo de Moluscos, Santa Catarina, Brazil.** Marine Institute of Memorial University of Newfoundland. Advanced Diploma in Aquaculture. 1997

LOURENÇO, S.O. **Cultivo de Microalgas Marinhas: Princípios e Aplicações.** Ed. Rima. São Carlos/SP. 2006. 588p.

POLI, C.R; et al. **Aquicultura: Experiências Brasileiras.** Ed. Multitarefa Florianópolis, SC. 2004. 456p

POLI, C.R; LITLLEPAGE, J. **Desenvolvimento da Maricultura no Estado de Santa Catarina.** In: I Congresso Sul-Americano de Aquicultura. Desenvolvimento com sustentabilidade. Anais/ Proceedings. V.1. p. 163-181. Recife-PE, Brasil.

SANTOS, A; COSTA, S. **Síntese Informativa da Maricultura 2013.** Epagri/SC. Disponível em: www.epagri.sc.gov.br/wp-content/uploads/2013/08/S%C3%ADntese-informativa-da-maricultura-2013.pdf. Acesso em: 9 de outubro de 2014

ANEXO A

Tratamento com Epinefrina

EPI branca – peso molecular = 333,33

- a) 0,2 gramas para um litro de água destilada = dose fraca
- b) 0,33 gramas para um litro de água destilada = dose correta
- c) Dissolver ligeiramente a EPI em um Becker com a água destilada
- d) Finalizar solução até completar um litro com água destilada
- e) Guardar na geladeira – válido por sete dias
- f) Agitar antes de usar

Obs: Não necessita ácido clorídrico

Tratamento das larvas:

Retirar larvas da geladeira.

Deixar atingir temperatura ambiente- por no mínimo uma hora antes de aplicar EPI
Preparar balde para tratamento com EPI – isto deve ser feito instantes antes de as larvas estarem prontas, ou seja, após uma hora de temperatura ambiente.

Nove litros de água do mar esterelizada e, com temperatura inferior a 25°C,

Adicionar um litro da solução EPI

TOTALIZANDO 10 LITROS FINAIS – homogeneizar com um Becker

Dar um ligeiro banho nas larvas com água do mar – mesma usada anteriormente

Adicionar 5.000.000,00 (cinco milhões) de larvas a esta solução final –

homogeneizar com um Becker

Cobrir o balde e deixá-lo em ambiente climatizado – temperatura inferior a 25° C, e

A cada intervalo de uma hora, homogeneizar a solução utilizando um Becker –
principal finalidade = oxigenação.

Duração do tratamento = de uma a quatro horas